

Untersuchungen über Häutungen von Larven
verschiedener Askaridenarten
während ihrer präparasitischen Phase

Sigurd Henner

Aus dem Zoologisch-Parasitologischen Institut
der Tierärztlichen Fakultät der Universität München

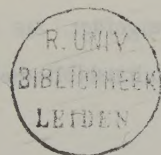
Vorstand: Professor Dr. H. Liebmann

UNTERSUCHUNGEN ÜBER HÄUTUNGEN VON LARVEN
VERSCHIEDENER ASKARIDENARTEN
WÄHREND IHRER PRÄPARASITISCHEN PHASE

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der veterinär-medizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität
zu München

von

Sigurd Henner
aus München



1959

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Universität München

Dekan: Professor Dr. K. Zipf

Referent: Professor Dr. H. Liebmann

Tag der Promotion: 27. Februar 1959.

Die 27 Mikroaufnahmen wurden mit Genehmigung des Dekanats
nicht beigelegt. Sie können im Originalexemplar der Arbeit in
der Fakultätsbibliothek eingesehen werden.

INHALT

I.	Vorwort	3
II.	Einleitung	5
III.	Die ersten Jahre	12
IV.	Die ersten Jahre	12
V.	Meinen lieben Eltern gewidmet	15
VI.	Die ersten Jahre	15
VII.	Die ersten Jahre	15
VIII.	Die ersten Jahre	15
IX.	Die ersten Jahre	15
X.	Die ersten Jahre	15
XI.	Die ersten Jahre	15
XII.	Die ersten Jahre	15
XIII.	Die ersten Jahre	15
XIV.	Die ersten Jahre	15
XV.	Die ersten Jahre	15
XVI.	Die ersten Jahre	15
XVII.	Die ersten Jahre	15
XVIII.	Die ersten Jahre	15
XIX.	Die ersten Jahre	15
XX.	Die ersten Jahre	15
XXI.	Die ersten Jahre	15
XXII.	Die ersten Jahre	15
XXIII.	Die ersten Jahre	15
XXIV.	Die ersten Jahre	15
XXV.	Die ersten Jahre	15
XXVI.	Die ersten Jahre	15
XXVII.	Die ersten Jahre	15
XXVIII.	Die ersten Jahre	15
XXIX.	Die ersten Jahre	15
XXX.	Die ersten Jahre	15
XXXI.	Die ersten Jahre	15
XXXII.	Die ersten Jahre	15
XXXIII.	Die ersten Jahre	15
XXXIV.	Die ersten Jahre	15
XXXV.	Die ersten Jahre	15
XXXVI.	Die ersten Jahre	15
XXXVII.	Die ersten Jahre	15
XXXVIII.	Die ersten Jahre	15
XXXIX.	Die ersten Jahre	15
XL.	Die ersten Jahre	15
XLI.	Die ersten Jahre	15
XLII.	Die ersten Jahre	15
XLIII.	Die ersten Jahre	15
XLIV.	Die ersten Jahre	15
XLV.	Die ersten Jahre	15
XLVI.	Die ersten Jahre	15
XLVII.	Die ersten Jahre	15
XLVIII.	Die ersten Jahre	15
XLIX.	Die ersten Jahre	15
L.	Die ersten Jahre	15
LI.	Die ersten Jahre	15
LII.	Die ersten Jahre	15
LIII.	Die ersten Jahre	15
LIV.	Die ersten Jahre	15
LV.	Die ersten Jahre	15
LVI.	Die ersten Jahre	15
LVII.	Die ersten Jahre	15
LVIII.	Die ersten Jahre	15
LIX.	Die ersten Jahre	15
LX.	Die ersten Jahre	15
LXI.	Die ersten Jahre	15
LXII.	Die ersten Jahre	15
LXIII.	Die ersten Jahre	15
LXIV.	Die ersten Jahre	15
LXV.	Die ersten Jahre	15
LXVI.	Die ersten Jahre	15
LXVII.	Die ersten Jahre	15
LXVIII.	Die ersten Jahre	15
LXIX.	Die ersten Jahre	15
LXX.	Die ersten Jahre	15
LXXI.	Die ersten Jahre	15
LXXII.	Die ersten Jahre	15
LXXIII.	Die ersten Jahre	15
LXXIV.	Die ersten Jahre	15
LXXV.	Die ersten Jahre	15
LXXVI.	Die ersten Jahre	15
LXXVII.	Die ersten Jahre	15
LXXVIII.	Die ersten Jahre	15
LXXIX.	Die ersten Jahre	15
LXXX.	Die ersten Jahre	15
LXXXI.	Die ersten Jahre	15
LXXXII.	Die ersten Jahre	15
LXXXIII.	Die ersten Jahre	15
LXXXIV.	Die ersten Jahre	15
LXXXV.	Die ersten Jahre	15
LXXXVI.	Die ersten Jahre	15
LXXXVII.	Die ersten Jahre	15
LXXXVIII.	Die ersten Jahre	15
LXXXIX.	Die ersten Jahre	15
LXXXX.	Die ersten Jahre	15
LXXXXI.	Die ersten Jahre	15
LXXXXII.	Die ersten Jahre	15
LXXXXIII.	Die ersten Jahre	15
LXXXXIV.	Die ersten Jahre	15
LXXXXV.	Die ersten Jahre	15
LXXXXVI.	Die ersten Jahre	15
LXXXXVII.	Die ersten Jahre	15
LXXXXVIII.	Die ersten Jahre	15
LXXXXIX.	Die ersten Jahre	15
LXXXXX.	Die ersten Jahre	15

INHALTSVERZEICHNIS

	<u>Seite</u>
I. Einleitung	1
II. Biologie der Askariden an Hand der Literatur	2
III. Eigene Untersuchungen	10
A) Material und Methodik	10
B) Ergebnisse	12
1. Entwicklung der Larven in Wasser	12
a) Das Stadium vom ungefurchten Ei bis zum Auftreten der Larve	12
<i>Ascaris lumbricoides</i>	
<i>Parascaris equorum</i>	
<i>Neoascaris vitulorum</i>	
<i>Toxocara canis</i>	
<i>Toxocara cati</i>	
<i>Ascaridia galli</i>	
b) Das Stadium vom Auftreten der Larve bis zur ersten Häutung	13
<i>Ascaris lumbricoides</i>	
<i>Parascaris equorum</i>	
<i>Neoascaris vitulorum</i>	
<i>Toxocara canis</i>	
<i>Toxocara cati</i>	
2. Behandlung der Larven mit Tyrodelösung	16
3. Behandlung der Larven mit 3 %iger Salz- säurelösung	19
4. Invasionsversuche bei weißen Mäusen	22
IV. Besprechung der Ergebnisse	26

	<u>Seite</u>
V. Zusammenfassung	30
VI. Literaturverzeichnis	31

Lebenslauf

I. EINLEITUNG

Zu den wohl häufigsten Parasiten unserer Haustiere gehören die Askariden. Namentlich bei jungen Tieren ruft eine reichliche Invasion schwere, mitunter tödlich endende chronische Erkrankungen hervor. Man beobachtet wechselnden Appetit, glanzloses Haar, Durchfall und Abmagerung. Zahlreiche während der Wanderung im Blut befindliche Larven können Lungensymptome in Form von Bronchitis und Bronchopneumonie mit Fieber, Husten und Atembeschwerden verursachen. So entstehen beim Pferd durch obturierende Wurmknäuel die sogenannten Wurmkoliken, durch Spulwürmer im Gallengang Gelbsucht und durch in die Bauchhöhle verirrte Askariden Peritonitiden. Junge Kälber werden, wenn sie infiziert sind, meist in Massen befallen und leiden durch Verlegung des Darmlumens sowie Nahrungsentzug an Ernährungsstörungen, Kolikanfällen, Anämie und Abmagerung. Oft entströmt den Tieren ein eigentümlicher chloroformähnlicher Geruch. Bei Ferkeln tritt die Ascariasis nicht selten seuchenartig auf. Bei Befall mit großen Mengen der Würmer können die Tiere innerhalb der ersten zwei Wochen nach der Invasion eine mit Husten, Abmagerung, Fraßunlust und Fieber einhergehende Erkrankung durchmachen, die von den wandernden Larven durch Schädigung des Lungengewebes hervorgerufen wird und in schweren Fällen ein Massensterben unter sehr jungen Ferkeln hervorrufen kann. Die später auftretende Darmform der Ascariidenbefalls äußert sich in einem zu Anämie und Abmagerung führenden Darmkatarrh. Bei Küken tritt die Ascariasis ebenfalls oft gehäuft auf, die sich in Fraßunlust, Abmagerung und Durchfall äußert und nicht selten zum Tode führt. Immer aber verursachen die Askariden durch ihre mannigfachen Schädigungen bei allen Tieren eine erhebliche Leistungsminderung und somit einen beträchtlichen ökonomischen Verlust.

Um die Bekämpfung der Askariden erfolgversprechend durchführen zu können, ist insbesondere die genaue Kenntnis ihrer präparasitischen Entwicklungsphase unumgänglich. Da die bei den Häutungen auftretenden Scheiden als Schutzhüllen für die Larven, zwar weniger im Ei selbst als für die Invasionsfähigkeit, eine wichtige Rolle spielen und diese nur zum Teil näher untersucht worden sind, stellte mir Herr Professor Dr. Liebmann das Thema, die Häutungen der Larven verschiedener Askaridenarten noch innerhalb der Eischale zu untersuchen.

II. BIOLOGIE DER ASKARIDEN AN HAND DER LITERATUR

Bei der Entwicklung der Askariden unterscheidet man eine präparasitische (ektogene) und eine parasitische (endogene) Phase. Letztere setzt sich zusammen aus der Präpatentperiode, die vom Zeitpunkt der Invasion bis zum Beginn der Patentperiode, das heißt dem ersten Erscheinen von Vermehrungsprodukten (Eier) im Kot dauert.

Der Gang der Entwicklung ist nicht bei allen Askariden der gleiche. Wir müssen hier zwischen mehreren Wegen vom ungefurchten Ei bis zum erwachsenen Wurm unterscheiden.

Zu den Askariden mit einer Körperwanderung (trachealen Wanderung) gehören folgende Arten: *Ascaris lumbricoides*, *Parascaris equorum* und *Neoascaris vitulorum*.

Der Entwicklungszyklus nimmt nun im einzelnen folgenden Verlauf: Die erwachsenen Spulwürmer leben als Schmarotzer im Dünndarm der Wirtstiere und zwar *Ascaris lumbricoides* im Schwein, *Parascaris equorum* im Pferd und *Neoascaris vitulorum* im Kalb. Huttyra, Marek (1955) fanden den Kälberaskariden bisweilen auch im Labmagen. Bemerkt sei noch, daß man bei der Art *Ascaris lumbricoides* zwei Rassen, nämlich *Ascaris lumbricoides* var. *hominis* und *Ascaris lumbricoides* var. *suus* unterscheidet. Sowohl morphologisch als auch hinsichtlich der Entwicklung im spezifischen Wirt weisen sie jedoch keine Unterschiede auf. Hier im Dünndarm geben nun die geschlechtsreifen Würmer ihre dickschaligen, aus drei Schichten zusammengesetzten Eier ab, die mit dem Kot nach außen gelangen. Während diejenigen von *Parascaris equorum* mit einem Durchmesser von 90-100 μ , sowie die von *Neoascaris vitulorum* mit einem solchen von 70-80 μ rundlich sind, zeigen die Eier von *Ascaris lumbricoides* eine ovale Form von etwa 60:45 μ . Ein weibliches Exemplar der letztgenannten Art kann 27 Millionen Eier enthalten, und ist in der Lage, täglich etwa 200 000 davon abzugeben (Lapage 1956).

Nun beginnt die präparasitische Phase, die Entwicklung des Eis im Freien. Hier entsteht aus dem ungefurchten Ei über eine Reihe von Teilungen die Larve. Dieses ist aber nur der Fall, wenn die Eier günstige Lebensbedingungen vorfinden, wie genügend Feuchtigkeit und Sauerstoff. Diese beiden Komponenten sind neben entsprechender Wärme von 8-40°C zur Entwicklung der Larve unbedingt nötig. Der Sauerstoff wird zur Spaltung der gespeicherten Kohlehydrate, welche der Larve als Nahrung dienen, benötigt (Sprehn 1932). Nach der Ei-

ablage entwickelt sich der Embryo nach Neumann und Mayer (1914) in 20-40 Tagen. 10-14 Tage unter guten, 20-40 Tage unter schlechten Bedingungen dauert es nach Sprehn (1932), bis sich die infektionsfähige Larve entwickelt hat. Ransom und Forster (1920) geben hierfür als frühesten Termin 10 Tage an, während Fiebiger (1947) 30-40 Tage annimmt. Diese Angaben beziehen sich auf die Larvenentwicklung von *Ascaris lumbricoides*. Baudet (1925) gibt die Entwicklungsdauer bis zum Embryo bei *Parascaris equorum* unter günstigen Verhältnissen mit 6 Tagen an.

Damit eine solche Larve invasionsfähig wird, muß sie sich aber umwandeln und schützen können, was auf dem Wege der Häutung vor sich geht. Eine erste Häutung hat Leukart (1876) im Ei beschrieben. Er sah bei Larven von *Ascaris lumbricoides* die Scheide sich am Vorder- oder Hinterende abheben. Nichols (1956/2) fand, daß die Larve des II. Stadiums, also nach der ersten Häutung, die infektionstüchtige Form bei derselben Askaridenart ist. Auch Ransom und Forster (1920) glauben, daß diese Larven nur eine Häutung im Ei durchmachen. Dieser Meinung sind auch Cobbold (1932), Borchert (1953), Lapage (1956), sowie Belding (1936), der das Auftreten der ersten Häutung mit ca. 8 Tagen nach Erscheinen der Larve im I. Stadium angibt, und andere Autoren. Hier im Ei verweilt die Larve nun so lange, bis sie mit dem Futter vom Endwirt aufgenommen wird. In der Eischale kann die Larve unter günstigen Bedingungen im Freien sehr lange, bis zu 5 Jahren hat Lapage (1956) festgestellt, ausharren. In den Magen gelangt, wird die Eihülle angedaut und der Embryo schlüpft im Dünndarm aus.

Damit hat die parasitische (endogene) Phase begonnen. Die Larven der 3 oben genannten Spulwurmartentypen entwickeln sich nun nicht im Darm des Wirtes weiter, sondern dringen zunächst durch die Darmwand. Ransom und Cram (1921) fanden, daß die Larven von *Ascaris lumbricoides* passiv durch die Blut- und Lymphbahnen gelangen, obwohl sie die Möglichkeit des direkten Durchbohrens der Darmwand in Betracht ziehen. Hartig (1939) behauptet gleichfalls, daß diese Larven die Darmwand zu durchbohren fähig sind. Engelhard und Henigst (1953) vermuten die im Magen-Darm-Kanal freiwerdenden *Lumbricoides*-Larven im Stadium der 2. Häutung befindlich. Vom Darm aus gelangen die Larven nun in die Mesenterialgefäße und von da über die Pfortader, die Leber, die Lebervene, die Hohlvene, das rechte Herz, und die Pulmonalarterie auf dem Blutwege in die Lungenkapillaren. Durch aktives Ausbohren kommen sie aus den Kapillaren in die Lungenalveolen. Von hier bewegen sie sich durch das Flimmerepithel unterstützt über Bronchien und Trachea zum Schlundkopf. Dort werden die Larven abgeschluckt und gelan-

gen über die Speiseröhre und den Magen wieder in den Dünndarm, wo sie sich endgültig festsetzen. Roberts (1934), Belding (1936) und Mackie, Hunter, Worth (1946) schreiben, daß während dieser Körperwanderung die Larven von *Ascaris lumbricoides* ihre zweite und dritte Häutung in der Lunge, die vierte und letzte aber im Darm durchmachen. Strong (1945), Gradwohl und Kouri (1943) sowie Craig (1948) geben an, die zweite Häutung derselben Larven würde am 5. oder 6. Tag und die dritte Häutung etwa am 10. Tag post invasionem in der Lunge stattfinden, während die vierte Häutung sich zwischen dem 25. und 29. Tag im Darm vollzieht. Laut Reichenow, Vogel, Weyer (1952) befinden sich die *Lumbricoides*-Larven zwischen dem 5. und 10. Tag in der Lunge, vom 5. Tag an teilweise bereits in den Bronchien und Trachea. Während dieser Wanderung, die 1-2 Wochen dauert, findet die zweite und dritte Häutung statt. Die vierte Häutung vollzieht sich im Darm des Endwirts. Nach Angaben von Piekarski (1954) finden sich die Larven von *Ascaris lumbricoides* schon nach 24 Stunden in der Leber, nach 4 Tagen in der Lunge, nach 4-5 Tagen in der Trachea und nach 3-10 Tagen können sie schon wieder im Darm sein. Die zweite und dritte Häutung findet in der Lunge, die vierte im Dünndarm statt. Nach Bergstermann, Mendheim, Scheid (1953), Engelhard und Hennigst (1953) sowie Lapage (1956) findet ebenfalls die zweite und dritte Häutung von *Ascaris lumbricoides* in der Lunge und die vierte Häutung im Darm statt. Der letzte Autor gibt für *Parascaris equorum* und *Neoascaris vitulorum* denselben Zyklus, wie er für *Ascaris lumbricoides* näher beschrieben wurde, an. Die Larve ist nach der Körperwanderung nun wieder im Darm und hat hier die vierte Häutung beendet. Hier gibt sie nun eines Tages wieder Eier ab. Damit wäre der Entwicklungskreislauf geschlossen.

Die Präpatenzzeit von *Ascaris lumbricoides* wird mit 5-6 Wochen (Neumann, Mayer (1914)), 54 Tagen (Lapage 1956), 56 Tagen (Ransom, Forster 1920), sowie 45-75 Tagen (Piekarski 1954) angegeben. Letzterer Autor schätzt die Lebensdauer eines Askariden auf etwa 1 Jahr. Für *Parascaris equorum* geben Wetzell und Enigk (1938) 82 Tage als Präpatenzperiode an.

Bisweilen wurde dieser Entwicklungszyklus an kleinen Versuchstieren (Meerschweinchen, Mäusen) untersucht. So fand Sprent (1952/54), daß die Larven von *Ascaris lumbricoides* und *Parascaris equorum* in der weißen Maus über Leber und Lunge zum Darm gelangen, also eine tracheale Wanderung durchführen. Den gleichen Entwicklungsweg in der Maus für *Neoascaris vitulorum* hat Herlich (1953) festgestellt. Interessante Beobachtungen machte Fül-

leboren (1921). Er stellte schon nach 4 Stunden post infectionem Larven von *Ascaris lumbricoides* bei Meerschweinchen zu Hunderten in der Leber und in geringer Anzahl in der Lunge fest. Weiter fand Fülleborn (1927), daß unter die Haut gespritzte Larven von *Ascaris lumbricoides* dort wachsen und wahrscheinlich eine zweite Häutung durchmachen können. Nach der Lunge gewanderte, einem Kaninchen unter die Haut gespritzte Meerschweinchen-Leber-Larven befanden sich in der zweiten Häutung. Die Lunge aber bietet besonders günstige Bedingungen für die Entwicklung der Askaridenlarven. Die dort in der zweiten Häutung begriffenen Larven wuchsen schneller heran als z. B. unter der Haut. Die Larven von *Ascaris lumbricoides* können aber auch in anderen Organen als nur in der Lunge das Entwicklungsstadium erreichen, dessen sie bedürfen, um im Darm des richtigen Wirtes geschlechtsreif zu werden. Fülleborn (1927) glaubt dieses aus der Tatsache zu erkennen, daß er bei Versuchen sowohl in der Leber als auch in der Niere Larven in der zweiten Häutung befindlich feststellte.

Andere Askariden haben eine intestinale Entwicklung. Dazu gehört der Spulwurm des Huhnes, der nach Untersuchungen von Frenzen (1955) den Namen *Ascaridia galli* tragen muß, und *Toxascaris leonina*, ein Parasit bei Hunden, seltener bei Katzen. Beide leben im Darm der Wirtstiere und geben hier ihre Eier ab, welche bei *Ascaridia galli* oval mit einer Größe von etwa $50:80\mu$ und bei *Toxascaris leonina* rundlich bei einem Durchmesser von $75-85\mu$ sind. Die Verhältnisse während der präparasitischen Periode sind die gleichen wie schon geschildert. Nach Grzimek (1957) kann ein weibliches Exemplar von *Ascaridia galli* 1200-1500 Eier beinhalten und im Laufe seines Lebens abgeben. In diesen Eiern können sich innerhalb 9 Tagen nach Fiebiger (1947), in 10-14 Tagen nach Schmid-Hieronymi (1955) und in 2-3 Wochen nach Borchert (1952) Larven entwickeln. Auch hier nimmt man an, daß die erste Häutung im Freien im Ei vonstatten geht (Lapage 1956 und Moran, Mizelle 1957).

Die endogene Phase bei intestinaler Entwicklung spielt sich nun so ab, daß die im Darm freiwerdenden Larven ihre gesamte Entwicklung bis zum reifen Wurm hier durchmachen können. Eine Körperwanderung findet nicht statt, dafür verbringen sie eine gewisse Zeit ihrer Entwicklung in der Darmschleimhaut. Für *Ascaridia galli* beschreibt Lapage (1956) diesen Vorgang folgendermaßen:

Die Larve des II. Stadiums lebt im Dünndarmlumen und macht etwa am 5. Tage nach der Invasion die zweite Häutung durch. Am 9. oder 10. Tag bohrt sie

sich mit ihrem Kopf in die Krypten der Lieberkühnschen Drüsen. Ungefähr am 7. bis 12. Tag nach der Infektion häutet sie sich zum dritten Mal und bleibt an der Darmwand sitzen. Am 19. oder 20. Tag unterzieht sie sich der vierten und letzten Häutung. Tugwell und Ackert (1952) haben sich näher mit dem im Lumen und in der Mukosa befindlichen Larven beschäftigt. Sie fanden, daß der Großteil der *Ascaridia galli*-Larven vom 3. bis 17. Tag seinen Aufenthalt in der Darmschleimhaut zu haben schien. Sowohl diese Autoren als auch Moran und Mizelle (1957) geben an, daß die zweite Häutung am 6. bis 8. Tag nach der Infektion, die 3. Häutung am 14. bis 16. Tag und die 4. Häutung am 18. bis 22. Tag vonstatten geht. Für *Toxascaris leonina* gibt Wright (1935) an, daß die 2. Häutung in der Darmwand des Hundes, die 3. und 4. Häutung im Darmlumen vor sich geht. Er beschreibt auch, bei sehr starken Invasionen gelegentlich eine Lungenwanderung beobachtet zu haben. Sprent (1953) verfütterte *Toxascaris*-Eier an Mäuse, Katzen und Hunde, wobei er feststellte, daß die 2. Häutung im Mäusegewebe sich am 8. bis 12. Tag und im Intestinum der Katze am 7. bis 14. Tag vollzieht. Die Larven des III. Stadiums fand er bei solchen Hunden und Katzen, die mit Eiern infiziert worden waren, am 18. bis 35. Tag, bei Katzen, die er mit Mäusen fütterte, welche selber II. Stadiums-Larven in ihrem Gewebe enthielten, schon am 13. bis 23. Tag. Die 3. Häutung soll am 21. bis 35. Tag in der Darmwand bei Hund und Katze vonstatten gehen. Die 4. Häutung beobachtete er bei mit Eiern infizierten Hunden und Katzen am 42. Tag, bei Katzen, die mit Mäusen infiziert wurden, welche III. Stadiums-Larven enthielten, schon am 35. Tag. Matoff und Wassileff (1958) stellten für den Zyklus von *Toxascaris leonina*, den sie an Hunden überprüften, folgendes auf: Das Ei embryoniert im Freien. Aus den embryonierten Eiern schlüpft im Darm des Wirtes die Larve. Sie entwickelt sich hier zur geschlechtsreifen Form, entweder zum Teil in der Darmwand selber, wenn das Tier mit Eiern infiziert wurde, oder aber gleich im Darmlumen, wenn das Tier mit einem Zwischenwirt (in diesem Fall Kaninchen), der die Larven enthielt, infiziert wurde. Die Darmwandphase kann also im Zwischenwirtsgewebe ersetzt werden.

Die Präpatentperiode für *Ascaridia galli* wird mit 30-50 Tagen von Borchert (1952), mit 50 Tagen von Ackert (1931) und mit 5-8 Wochen von Lapage (1956) angegeben. Bei *Toxascaris leonina* beträgt die Präpatenzzeit 73 Tage nach Sprent (1955) und 48-70 Tage nach Matoff und Wassileff (1958). Die letzte Zeitangabe bezieht sich auf Hunde, die mit einem Zwischenwirt infiziert wurden.

Denselben Entwicklungszyklus zeigt der von Sprent (1953) geschilderte am zahmen Frettchen untersuchte *Ascaris devosi*, ein Parasit bei Marder,

Wiesel und Nerz. Die II. Stadiums-Larve befindet sich in der Maus und macht in deren Gewebe die zweite Häutung durch. Die III. Stadiums-Larve wartet darin auf den Endwirt. Die dritte und vierte Häutung findet in dessen Darm statt.

Unter den Askariden haben einen noch etwas unklaren Wanderungszyklus die Arten *Toxocara cati* und *canis*. *Toxocara cati* ist der Spulwurm der Katze, dessen rundliche Eier eine Größe von ca. 65-75 μ haben, während diejenigen von *Toxocara canis*, dem Askariden vom Hund, Fuchs und Wolf einen Durchmesser von etwa 75-80 μ besitzen. Die präparasitische Phase dieser beiden Arten verläuft in der schon geschilderten Form. Bei diesen ist nach Nichols (1956/1) die Larve des II. Stadiums, also nach der ersten Häutung infektionstüchtig. Mit dieser ektogenen Periode hat sich Schacher (1957) bei *Toxocara canis* näher befaßt. Er fand, daß die Larve schon nach 5 Tagen auftreten kann und frühestens am 9. Tag die erste Häutung vollendet ist, welche nötig ist, damit die Larve incasionsfähig wird. Manchmal konnte er innerhalb der Eischale, noch während der Entwicklung im Freien, eine zweite Scheide feststellen. Da dieses Merkmal aber nur gelegentlich auftrat, zeigt es wohl keine zwei getrennte Häutungen, wie er meint, sondern nur ein Splittern oder Schwellen der Kutikula, mit anderen Worten ein Kunstprodukt.

Zunächst soll hier der endogene Entwicklungsweg von *Toxocara cati* aufgezeigt werden, den Sprent (1956) näher untersuchte. Er machte seine Versuche an Katzen, die mit Eiern oder mit Mäusen, welche II. Stadiums-Larven in ihrem Gewebe hatten, gefüttert wurden. Dabei kam er zu nachstehendem Ergebnis: Waren Katzen mit embryonierten Eiern gefüttert worden, so fand er einen Teil der Larven über die Lunge wandern. Er weiß nun nicht genau, ob die zweite Häutung in der Lunge stattfindet oder ob der Großteil überhaupt eine tracheale Wanderung durchführt. Es hat den Anschein, als ob die zweite Häutung in der Magenwand am 3.-10. Tag nach der Infektion, direkt ohne Lungenwanderung, vor sich geht oder zumindest dort, nach einer trachealen Wanderung, vollendet wird. Die Larven des III. Stadiums fanden sich in der Magenwand und häuteten sich dann zum dritten Male 19 Tage nach der Invasion. Die IV. Stadiums-Larven fand er vor allem im Mageninhalt, aber auch in Darmwand und Darminhalt. Die vierte Häutung findet im Darmlumen statt. Hatte er jedoch Katzen mit Mäusen, die vorher infiziert worden waren, gefüttert, so fanden sich Larven nur im Magen, Darmwand oder -inhalt. Sie machten also keine Lungenwanderung mit, sondern entwickelten sich in der Magenwand. Hier beobachtete er schon nach 6 Tagen Larven in der zweiten Häutung. Die dritte Häutung fand ebenfalls in der Magenwand statt und zwar schon

nach etwa 10 Tagen. Zum vierten Mal häuteten sich die Larven im Darm-lumen. Somit können Mäuse als fakultative Zwischenwirte dienen. Als Prä-patentzeit bei mit Eiern infizierten Katzen gibt er 56 Tage an.

Eine ähnliche, im einzelnen aber doch etwas andere Entwicklung nimmt die parasitische Phase bei *Toxocara canis*. Hierbei fand Sprent (1958), daß eine Lungenwanderung nur dann stattfindet, wenn die infizierten Tiere nicht älter als 5 Wochen waren. Bei älteren Hunden wanderten die Larven des II. Stadiums in die Körpergewebe (Muskulatur, Nieren usw.), verblieben da, ohne sich weiterzuentwickeln und gelangten nicht in den Verdauungstrakt. Diese Tatsache wird auch von Webster (1957) bestätigt. Während der Trächtigkeit wandern die Larven, durch die Anstrengung (stress), der die Hündin dabei unterworfen ist, wie Yutuc (1949) meint, in die embryonalen Gewebe. Nach den Untersuchungen von Sprent (1958) gelangen die II. Stadiums-Larven über die Leber in den Embryo. Vor der Geburt findet dann in der Lunge die zweite Häutung statt, denn nach der Geburt waren je-weils Larven des III. Stadiums in der Lunge der Welpen. Die dritte Häutung vollzieht sich ebenfalls hier, während die vierte im Darminhalt vor sich geht. Er vertritt auch die Auffassung, daß diese diaplazentare, pränatale Ansteckung, die wohl natürlichste und am weitesten verbreitete Art bei *Toxocara canis* ist und begründet das mit einer Angleichung an die nicht mehr raubmäßigen Lebensgewohnheiten des Hundes. Verfütterte der Autor jedoch an junge Hunde, wie gesagt unter 5 Wochen alt, embryonierte Eier, so fand eine tracheale Wanderung statt. Die Larven häuteten sich dann zum zweiten Mal in der Lun-ge, zum dritten Mal in der Lunge bzw. im Intestinum und zum letzten Mal im Darminhalt. Schacher (1957) hatte ebenfalls Welpen mit Eiern infi-ziert und konnte die zweite Häutung 1-4 Tage in der Lunge, die dritte Hä-utung 3-7 Tage nach der Invasion im Magen und die vierte Häutung in der 2. bis 3. Woche im Darm feststellen. Bei pränatal infizierten Hunden hatte er die letzte Häutung in weniger als 10 Tagen nach der Geburt beobachtet. Hatte Sprent (1953) Hunde mit infizierten Mäusen gefüttert, so konnte er nur selten eine Lungenwanderung der Larven feststellen. Er meint, man könn-te in diesem Fall wohl eine Entwicklung im Magen-Darmkanal annehmen. Auch waren die Ergebnisse bei dieser Art der Infektion nie so erfolgreich und überzeugend als z. B. bei *Toxocara cati*. Bei diesen Versuchen fand er, daß die zweite Häutung in der Magenwand (selten der Lunge), die dritte Häutung im Mageninhalt und die vierte Häutung im Darminhalt vor sich geht. Bei klei-nen Versuchstieren, in diesem Fall weißen Mäusen, fand Sprent (1952), daß die II. Stadiums-Larven in das Mäusegewebe wandern und dort verbleiben. Die Präpatentperiode von *Toxocara canis* gibt Yutuc (1954) mit 21-30 Tagen an.

Verschiedene Askaridenarten zeigen neben den schon erwähnten Zyklen auch eine diaplazentare Wanderung. Dazu gehört, wie oben schon beschrieben wurde, *Toxocara canis*. Diese Tatsache wird von anderen Autoren wie Reichenow, Vogel, Weyer (1952), Frei (1955) und Lapege (1956) bestätigt. Letzterer Autor gibt das auch für *Toxocara cati* an, während Sprent (1956) bei mit Kaiserschnitt entbundenen Kätzchen keine Larven fand. Von *Neoascaris vitulorum* nimmt man ebenfalls an, daß eine pränatale Infektion stattfand, weil gerade sehr junge Kälber oft stark damit befallen sind, während man kaum einmal bei einem erwachsenen Rind diese Parasiten findet. Vor allem nehmen dies Sprent (1954) und Das, Lingh (1955) an. An Mäusen machte Herlich (1953) Versuche mit *Neoascaris vitulorum* und fand hierbei eine tracheale Wanderung. Pränatale Infektionen scheiterten bei der Maus. Lapege (1956) glaubt, daß auch *Parascaris equorum* häufig auf diaplazentarem Weg übertragen wird.

Betrachtet man die Literatur über die Askaridenentwicklung genauer, so sieht man, daß die endogene Entwicklung der Larven sowie deren Morphologie zum Teil schon recht genau untersucht wurde. Das trifft aber nicht für die präparasitische Phase zu. Man vermutet hier im allgemeinen nur eine Häutung, während Mozgovoi (zit. nach Schacher 1957) für *Ascaris tabargan* deren zwei im Verlaufe der exogenen Periode festgestellt hat. Es erscheint daher angezeigt, unter Zuhilfenahme chemischer, physikalischer sowie mikroskopischer Untersuchungsmethoden diesen Abschnitt der Entwicklung genauer zu bearbeiten.

III. EIGENE UNTERSUCHUNGEN

A) Material und Methodik

Für die Untersuchungen verwendete ich folgende Parasiteneier:

1. *Ascaris lumbricoides*
2. *Parascaris equorum*
3. *Neoascaris vitulorum*
4. *Toxocara canis*
5. *Toxocara cati*
6. *Ascaridia galli*.

Ascaris lumbricoides, *Parascaris equorum* und *Neoascaris vitulorum* beschaffte ich mir auf dem Schlachthof München. *Toxocara canis* und *cati* sowie *Ascaridia galli* sammelte ich im Pathologischen Institut der Fakultät.

In reichlicher Anzahl fand ich *Ascaris lumbricoides* bei einer Großzahl von Schweinen. Besonders waren importierte Schweine damit befallen. *Parascaris equorum* kam nicht allzuhäufig vor, da meist nur ältere Pferde geschlachtet wurden. *Neoascaris vitulorum* gab es auch seltener, aber dann meist in großen Mengen. Bei einem Kalb zählte ich 250 ausgewachsene Exemplare im Duodenum. *Toxocara canis* und *cati* kamen entsprechend der meist eingeleiteten Therapie bei Hund und Katze nur selten vor. Öfter fand ich dagegen geringgradigen Befall der Hühner mit *Ascaridia galli*.

Um die zur Züchtung benötigten Eier zu gewinnen, schnitt ich bei *Ascaris lumbricoides*, *Parascaris equorum* und *Neoascaris vitulorum* den weiblichen Wurm der Länge nach auf. Dann trennte ich den im oberen Drittel dieser Würmer befindlichen Anfangsteil des Uterus und von beiden Hörnern etwa 3 cm heraus, da in den weiter unten gelegenen Abschnitten teils unbefruchtete Eier vorhanden sind. Die Eier strich ich mit einer gebogenen Zupfnadel aus den Uterusteilen direkt in Petrischalen. Vorher untersuchte ich von jedem Uterus eine Probe unter dem Mikroskop, ob die Eier befruchtet waren. Befruchtete Eier hatten eine dicke Schale und einen Zwischenraum zwischen dieser und der Zellmasse. Bei *Toxocara canis* und *cati* sowie *Ascaridia galli* schnitt ich den ganzen Wurm in Höhe des Uterus in 0,5 cm lange Stücke und preßte diese wie oben in eine Petrischale aus. Auch hier untersuchte ich je eine Probe auf Befruchtung der Eier. Zu diesen Eiklumpen gab ich so viel Lei-

tungswasser, daß es ca. 3 mm hoch in der Petrischale stand. Darauf verteilte ich die Eier durch Umrühren. Zwischen den Deckel und die Schale brachte ich einen etwa 3 mm dicken Papierstreifen, damit Sauerstoff zu den Eiern gelangen konnte. Das Wasser wurde immer wieder erneuert und die darin befindlichen Eier umgerührt. Die Eier wurden bei Temperaturen von $+2^{\circ}$, 20° , 30° und 40° gezüchtet, um die Abhängigkeit der Entwicklung von der Wärme zu demonstrieren. Für die Versuche bei 2°C wurden die Eier in einen Kühlschrank verbracht. 20°C war die durchschnittliche Zimmertemperatur, während die höheren Grade in einem Brutschrank erreicht wurden. Die Schalen im Zimmer stellte ich an einem schattigen Ort auf, da längere, intensive Sonnenbestrahlung die Eier zerstörte.

Zur Überprüfung der Fortentwicklung wurden die Kulturen täglich, in den Petrischalen, mit dem Mikroskop betrachtet. Waren die Larven aufgetreten, so wurde eine andere Untersuchungsmethode durchgeführt. Nachdem Versuche, die Eischale zur Verhinderung von Verletzungen der Larve mit Mitteln wie künstlichem Magensaft, Eau de Javelle und Tyrode zu verdauen, keine befriedigenden Resultate geliefert hatten, bediente ich mich einer mechanischen Methode zum Öffnen der Eischalen. Ein Tropfen mit embryonierten Eiern wurde auf einen Objektträger gebracht und mit einem Deckgläschen abgedeckt. Nun preßte ich, unter Kontrolle im Mikroskop, mit mehr oder weniger Druck auf das Deckglas die Larven aus den Eiern hervor. Der Druck wurde mit dem hinteren Teil einer Pinzette ausgeführt und bei genügend Übung wurden außer den sehr empfindlichen *Ascaridia galli*-Larven nur ein geringer Prozentsatz beschädigt. Diese Maßnahme war nötig, um das Auftreten der Häutung feststellen zu können, da die im Ei aufgerollte Larve das nicht zuließ. Diese Beobachtungen wurden ebenfalls täglich an den Versuchsreihen vorgenommen.

Um die Häutungsverhältnisse besser sichtbar zu machen, verwendete ich statt Wasser Tyrodelösung, eine verbesserte Ringerlösung. Wollte ich neben der ersten und zweiten Scheide auch das Eigenhäutchen beobachten, so benützte ich eine 3 %ige Salzsäurelösung. Mit der letztgenannten Methode wurden nicht die embryonierten Eier, sondern die ausgepreßten Larven selbst behandelt.

B) Ergebnisse

1. Entwicklung der Larven in Wasser

a) Das Stadium vom ungefurchten Ei bis zum Auftreten der Larve

Zunächst sei erwähnt, daß sich die Eier bei 2°C nicht weiterentwickelten. Brachte man sie jedoch danach in höhere Wärmegrade, so begannen sie sich im allgemeinen bald zu furchen. Eier von *Ascaris lumbricoides* entwickelten sich noch nach 3 Monaten Külschranksaufenthalt weiter, während solche von *Neoascaris vitulorum* nach 90 Tagen nicht mehr lebensfähig waren. *Parascaris equorum*-Eier waren bei einem Versuch im Vierzellstadium in den Külschrank gekommen und dort auf dieser Stufe stehen geblieben. Sowohl nach 30 als auch nach 90 Tagen setzten sie ihre Entwicklung fort.

Bei einer Temperatur von 40°C wurden sämtliche Askarideneier binnen kurzer Zeit zerstört und waren entwicklungsunfähig. Anders verhielt es sich bei den in 20 und 30°C gezüchteten Eiern. Diese begannen sich schon bald je nach der Temperatur zu furchen, um nach einer für jede Askaridenart verschieden langer Zeit Larven zu enthalten. Man findet, das gilt für alle untersuchten Arten, daß die Entwicklung der Larve bei 30°C mindestens um ein Drittel schneller vor sich geht, als dies bei 20°C der Fall ist (Tab. 1).

Die erstgenannte Temperatur dürfte wohl die optimale sein. Übrigens möchte ich noch einfügen, daß die Eier einer Kultur sich nie völlig gleichmäßig entwickelten. Immer waren einige in der Entwicklung dem Großteil voraus und einige hinkten nach. Die noch anzugebenden genauen Zahlen beziehen sich immer auf das erste Auftreten der entsprechenden Stadien.

Innerhalb der einzelnen Askaridenarten ergaben sich doch wesentliche Unterschiede in der Entwicklungszeit (Tab. 1). So hat *Parascaris equorum* bei 30°C mit durchschnittlich 4 Tagen die kürzeste Zeitspanne bis zum Auftreten des Embryos. Die Larve ist mit durchschnittlich 14µ die schmalste, während ihre Länge etwa 325µ beträgt. Die Abb. 1 zeigt eine solche Larve noch innerhalb der Eischale.

Aber auch bei Zimmertemperatur entwickeln sich die Larven in etwa 12 Tagen sehr schnell. Als nächste folgen, was die Entwicklungszeit anbelangt, die Arten *Toxocara canis* und *cati*, sowie *Ascaridia galli*. Mit 7, 9 und 10 Tagen wurden ihre Durchschnittswerte bei 30°C und mit 10, 15 und 15 Tagen bei einer Temperatur von 20°C ermittelt. Die Larven von *Toxocara cati* waren 460µ

lang und durchschnittlich 19μ breit. Sie waren damit die größten Vertreter aller Askaridenarten. Die Embryonen von *Ascaridia galli* hinwiederum waren mit 225μ Länge und 20μ Breite die kleinsten. Für die Larven von *Toxocara canis* geben Nichols (1956/1) und Schacher (1957) $410:20$ als Maße an, während ich sie mit etwa 250μ Länge und 20μ Breite feststellte. Die beiden letzten Arten machten auf Grund ihrer angegebenen Dimensionen einen recht plumpen Eindruck. In Abb. 2 sind embryonierte Eier von *Toxocara canis*, welche ein Alter von 7 Monaten haben, zu sehen.

Neoascaris vitulorum und *Ascaris lumbricoides* haben, vor allem bei Zimmertemperatur, mit 24 und 23 Tagen eine relativ lange Entwicklungszeit. Aber auch bei 30°C dauert es durchschnittlich 12 bzw. 15 Tage. Die Larve von *Neoascaris vitulorum* ist ungefähr 440μ lang und 20μ breit. Ein Exemplar davon, welches $1\frac{1}{4}$ Jahr alt ist, zeigt Abb. 3.

Der Embryo von *Ascaris lumbricoides* hat im Durchschnitt eine Länge von 310μ und eine Breite von 17μ . Die auf Bild 4 dargestellten Larven sind 15 Tage alt.

Neben diesen Artunterschieden hinsichtlich der Entwicklungsdauer bis zum Auftreten der Larven spielen neben der Temperatur auch noch die Dichte und der Sauerstoff eine Rolle. Ich beobachtete, daß sich die Embryonen, innerhalb derselben Versuchsreihe, wenn die Eier dichter als normal gelagert waren, um einige Tage später bildeten. Normalerweise waren so viele Eier in der Petrischale, daß sie den Boden gerade bedeckten. Vermutlich hängt die Verzögerung der Entwicklung mit einer schlechteren Sauerstoffversorgung der in mehreren Schichten gelagerten Eier zusammen.

b) Das Stadium vom Auftreten der Larve bis zur ersten Häutung

Während die ganz jungen Larven beim Auspressen aus den Eischalen zunächst fast ganz zerstört, dann aber häufig leicht verletzt wurden, hörte dies mit dem Auftreten der ersten Häutung nahezu völlig auf. Ab diesem Zeitpunkt waren die Larven viel robuster gegen Umweltseinflüsse, wie es das künstliche Schlüpfen mittels mechanischer Kraft auch darstellte, geworden. Der ganze Embryo schien sich, nicht nur unter dem Schutz der Scheide, stärker konsolidiert zu haben. Ein Größenwachstum konnte während dieser Phase nicht festgestellt werden. Auch fielen mir keine wesentlichen morphologischen Veränderungen auf, außer daß mit zunehmendem Alter die Granulation der

Larven am Vorderende beginnend abnahm. Die Häutung als solche wurde in Form einer dünnen, transparenten Scheide sichtbar, die sich am Vorder- oder Hinterende oder aber an beiden Enden mehr oder weniger weit hervorschob.

In Abb. 5 ist eine 20 Tage alte *Ascaris lumbricoides*-Larve zu sehen, welche am Vorderende die Scheide erkennen läßt. An der Spitze des vorderen Endes war bei dieser ersten Häutung immer eine Verdickung der Scheide, offenbar von der in den Häutungsvorgang einbegriffenen Mundöffnung herrührend, zu sehen. Es muß auch erwähnt werden, daß der Häutungsvorgang nicht immer gleich schön und deutlich beobachtet werden konnte. Mit einiger Übung und dauerndem Spielen mit der Mikrometerschraube am Mikroskop war es dann möglich, an einer weit größeren Zahl von Larven diesen Vorgang zu verfolgen als es zunächst bei den ersten Malen den Anschein hatte. Niemals wurden jedoch bei sämtlichen untersuchten Individuen gleichzeitig die Häutung festgestellt. Das hängt m. E. damit zusammen, daß einmal nicht bei allen Larven die Scheide sich vom Körper löst und zum anderen beim Vorgang des Auspressens die Scheide bisweilen an den scharfen Rändern der aufgebrochenen Eischale hängen bleibt. Ich konnte oft Fetzen davon an der Schale feststellen.

Bei den Untersuchungen über dieses Stadium wurden gleichfalls Temperaturen von 20 und 30°C verwendet. Es ergab sich für alle Askaridenarten, daß auch hier bei 30°C die Entwicklung bis zum Sichtbarwerden der ersten Häutung wesentlich rascher vor sich ging als bei Zimmertemperatur (Tab. 1). Im allgemeinen kann man sagen, bei 30°C verringert sich die Zeit auf die Hälfte. Natürlich gab es bei dieser Phase innerhalb der verschiedenen Ascaridenarten beträchtliche Unterschiede (Tabelle 1). So waren die Larven von *Toxocara canis* und *cati* mit durchschnittlich 2 und 3 Tagen Entwicklungszeit bei 30°C und 8 bzw. 10 Tagen bei Zimmertemperatur allen anderen Arten voraus. Auf Abb. 6 sind *Toxocara canis*-Larven festgehalten, bei welchen noch keine Häutung sichtbar ist. Als nächste folgen *Parascaris equorum* und *Neoascaris vitulorum*. Die erstgenannte Art zeigte binnen etwa 5 Tagen, nach dem Auftreten des Larvenstadiums, bei 30°C die erste Häutung, während sie bei Zimmertemperatur in etwa 12 Tagen vor sich geht. Bild 7 zeigt eine 8 Tage alte sich am Vorderende häutende *Parascaris*-Larve. *Neoascaris vitulorum* benötigte bei den genannten Temperaturen jeweils 6 bzw. 18 Tage. Eine solche sich gleichfalls am vorderen Ende häutende Larve im Alter von 20 Tagen ist in Abb. 8 zu sehen. Die längste Zeit vom Auftritt der Larve bis zur ersten Häutung verging bei *Ascaris lumbricoides*. In Zimmertemperatur dauerte es 20 Tage und bei 30°C immerhin durchschnittlich 15 Tage. Ein Exemplar mit der am Vorderende sichtbaren ersten Häutung ist auf Abb. 5 zu sehen.

Mit dieser Methode konnte ich, solange ich auch die Larven beobachtete, und das geschah bis zu zwei Jahren, nur die erste Häutung in der Eischale wahrnehmen. Bei den *Ascaridia galli*-Larven gelang es mir trotz wiederholter Versuche nicht, auch nur eine Andeutung einer Scheide zu beobachten. Ich kann mir diese Tatsache nur damit erklären, daß die Scheide sich entweder nicht vom Körper gelöst hat oder sie sich aber bei den sehr druckempfindlichen Larven während des Auspressens an der Eischale verhängte oder zerstört wurde.

Wie schon erwähnt, hängt auch bei diesem Stadium die Entwicklungsdauer vom Auftreten der Larve bis zum Sichtbarwerden der ersten Häutung außer von den Art- und Temperaturunterschieden gleichfalls von den Dichte- und Sauerstoffverhältnissen ab. Betrachtet man die gesamte Entwicklung vom ungefurchten Ei bis zum Auftreten der ersten Häutung, so sieht man ganz allgemein, daß die Zeit bei 30°C nur halb so groß war als sie bei Zimmertemperatur benötigt wurde (Tab. 2). Die kürzeste Zeit benötigten für diese Periode *Toxocara canis* mit durchschnittlich 9 bzw. 19 Tagen, *Parascaris equorum* mit 10 bzw. 20 Tagen und *Toxocara cati* mit 12 bzw. 25 Tagen. Mit Abstand folgte dann *Neoascaris vitulorum* mit 17 bzw. 43 Tagen und die längste Entwicklungszeit hatte erwartungsgemäß *Ascaris lumbricoides* mit 33 sowie 41 Tagen (Tab. 2).

Tabelle 1

Askaridenart	Entwicklungszeit (Tage) vom ungef. Ei b. z. Larve		Entwicklungszeit (Tage) v. d. Larve b. z. 1. Häutg.	
	bei 30°C	bei 20°C	bei 30°C	bei 20°C
<i>Ascar. lumbr.</i>	15 (9-21)	23 (18-27)	15 (8-18)	18 (12-20)
<i>Neoasc. vit.</i>	12 (8-14)	14 (21-25)	6 (3-7)	18 (12-20)
<i>Parasc. equo.</i>	4 (3-5)	12 (7-15)	5 (4-7)	12 (10-14)
<i>Toxoc. canis</i>	7 (7)	10 (7-14)	2 (2-3)	8 (8-9)
<i>Toxoc. cati</i>	9 (9)	15 (15)	3 (3)	10 (10)
<i>Ascarid. gal.</i>	10 (6-14)	15 (15)	-	-

Durchschnittliche Entwicklungsdauer in Wasser vom ungefurcht. Ei bis zum Auftreten des Larvenstadiums und von der Larve bis zum Sichtbarwerden der 1. Häutung in Tagen (in Klammern Grenzwerte) bei Temperaturen von 30 bzw. 20°C.

Tabelle 2

Entwicklungszeit in Tagen vom ungefurchten Ei bis zur ersten Häutung		
Askaridenart	bei 30°C	bei 20°C
<i>Ascaris lumbric.</i>	33 (18-39)	41 (34-44)
<i>Neoascaris vitul.</i>	17 (15-18)	43 (17-24)
<i>Parascaris equor.</i>	10 (9-12)	20 (17-24)
<i>Toxocara canis</i>	9 (9-10)	19 (15-23)
<i>Toxocara cati</i>	12 (12)	25 (25)

Durchschnittliche Entwicklungsdauer in Wasser vom ungefurchten Ei bis zum Sichtbarwerden der 1. Häutung in Tagen (Grenzwerte) bei Temperaturen von 30 bzw. 20°C.

2. Behandlung der Larven mit Tyrodelösung

Nachdem Hypochlorit, wie es von Feuwick (1939) beschrieben wurde, bei meinen Untersuchungen keine günstigen Erfolge bei künstlichen Auswanderungsversuchen gezeigt hatte, versuchte ich es mit derjenigen von O'Connor (1951) angegebenen Weise. Dieser Autor berichtet, daß in Tyrodelösung, verbrachte Askarideneier bei einem pH von 7,4-7,6 und einer Temperatur von 38-40°C innerhalb des ersten Tages bis zu 10 % der Larven ausschlüpfen. Ich führte diese Versuche folgendermaßen durch: Ein Reagenzglas füllte ich mit Tyrodelösung und brachte etwa 3 ccm einer Eikultur hinzu. Den pH stellte ich mit einem Spezialindikator ein. Darauf verschloß ich das Reagenzglas, um einigermaßen anaerobe Verhältnisse wie sie im Intestinum herrschen, herzustellen, mit einem Stopfen aus Zellstoff. Die Gläschen verbrachte ich in einen Brutschrank, in dem eine Temperatur von 38°C herrschte. Mit einer Pipette wurden täglich kleine Proben zur Untersuchung entnommen. Bei einem geringen, innerhalb der Ascaridenarten schwankenden Prozentsatz ging der Prozeß der Auswanderung vor sich. Es ergaben sich aber gegenüber der wesentlich besseren mechanischen Methode keinerlei neue Ergebnisse.

Ein Nebenfund des geschilderten Verfahrens jedoch war von großem Interesse. Es ergab sich, daß die nicht ausgewanderten, im Ei verbliebenen Larven zu

schrumpfen begannen. Preßte man diese aus, so konnte man nicht nur die erste Scheide am Vorder- oder Hinterende weiter als sonst überstehen sehen, sondern es wurde auch eine zweite Scheide sichtbar. Ich verwendete nun diese Methode nur mehr dazu, die Scheiden der Larven besser sichtbar zu machen. Als günstigsten Zeitpunkt zur Beobachtung dieser Verhältnisse fand ich den 5. Tag nach Beginn der Tyrodebehandlung. Man konnte also rückblickend feststellen, in welchem Entwicklungsstadium die Larven entsprechende Tage vorher gewesen waren. Ich untersuchte auf diese Weise Larven von *Ascaris lumbricoides*, *Neoascaris vitulorum*, *Parascaris equorum* und *Toxocara canis*. Bei allen Arten ergab sich das gleiche Bild und zwar wurde neben der schon beschriebenen ersten Scheide eine zweite sowohl am Hinter- als auch am Vorderende sichtbar. Diese zweite Scheide wölbte sich nicht so weit über den Körper vor als die erste und lag innerhalb dieser. Sie unterschied sich von der ersten vor allem dadurch, daß man immer ein fadenförmiges Gebilde von der Spitze zur Mundöffnung ziehen sah, wenn die Scheide am Vorderende überstand. Es dürfte sich hierbei um eine Mithäutung des Ösophagus handeln. Ich muß hier auch erwähnen, daß diese zweite Scheide während der Versuche bei fast allen Larven, die gerade beobachtet wurden, festgestellt werden konnte, während Schacher (1957) diese Tatsache nur bisweilen wahrnahm. Eine andere Möglichkeit dieser Methode bestand darin, daß man das Auftreten der ersten Häutung eher sichtbar machen konnte, als dies bei im Wasser gehaltenen Larven geschah. So konnte ich bei *Ascaris lumbricoides* mit Tyrodebehandlung schon 5 Tage früher die 1. Häutung feststellen, bei *Neoascaris vitulorum* sogar schon 7 Tage vorher. Beide Male waren die Larven bei Zimmertemperatur entwickelt worden. In Abb. 9 und 10 sind mit Tyrode behandelte, die 1. Häutung zeigende *Ascaris lumbricoides*-Larven im Alter von 15 Tagen zu sehen. Es ist zu erkennen, daß die Larven etwas geschrumpft sind. Das erste Bild zeigt an beiden Enden, das zweite hinten und an den Einschnürungsstellen verlaufend, die erste Scheide. Auf Abb. 11 ist eine ebenso behandelte *Neoascaris vitulorum*-Larve mit der ersten Scheide an beiden Enden im Alter von 14 Tagen zu sehen. Die Aufnahmen 12-16 zeigen *Ascaris lumbricoides*-Larven im Alter von 1 1/4 Jahren mit Tyrodelösung behandelt. Auf Bild 12 sind sehr schön die beiden Scheiden am vorderen Ende sichtbar. Charakteristisch für die zweite Scheide ist der Strang, welcher von deren vorderstem Ende zum Mund führt. Aufnahme 13 zeigt die gleichen Verhältnisse am Hinterende. Man beachte, wie deutlich die Schwanzspitze zu erkennen ist. Abb. 14 vermittelt das Sichtbarwerden der beiden Scheiden an der Längsseite des Körpers an der Innenseite der Krümmung. Beide sind hier wellenartig abgehoben genau zu erkennen. Außerdem ist am Vorderende die 1. Häutung sehr schön zu sehen, während hinten nur mehr Fetzen derselben an der zweiten Scheide zu

erkennen sind. Die auf Bild 15 gezeigte Larve präsentiert ihre Scheiden in allen Lagen. Beide sind getrennt zu sehen am Vorderende, an der Innenseite der Krümmung und am Hinterteil, wo sich die äußere Scheide nach vorn umgeschlagen hat. An der Außenseite der Krümmung läßt sich nur eine Scheide beobachten, jedoch handelt es sich hierbei um die beiden infolge der Spannung eng aufeinanderliegenden Scheiden. Auf Abb. 16 ist eine Larve gezeigt, wie sie sich präsentiert, wenn die erste Scheide bereits verloren gegangen ist. Kleine Teile davon sind bisweilen noch vorhanden. Am Hinterende, aber auch längs des Körpers ist die zweite Scheide sichtbar gemacht. Besonders gut ist das an denjenigen Stellen zu sehen, an welchen der Larvenkörper eingeschnürt ist. Der eben beschriebene Fall, nämlich nur die zweite Scheide, wird in Abb. 17 an einer Larve von *Toxocara canis* vergegenwärtigt. Hier kann die zweite Scheide an beiden Enden, wenn auch nicht weit, so doch deutlich überstehend, wahrgenommen werden. Auf Bild 18 ist dasselbe am Vorderende und vor allem an der Innenseite der Krümmung der Fall. Beide Larven waren 7 Monate alt. Abb. 19 zeigt eine 14 Tage alte *Neoscaris vitulorum*-Larve, bei welcher am Vorderende die beiden Scheiden zu sehen sind. Dasselbe Stadium am Vorder- und Hinterende ist auf Bild 20 zu sehen. Bei genauem Hinsehen glaubt man, am hinteren Ende noch ein drittes Häutchen wahrzunehmen. Auf den Abb. 21 bis 25 sind *Neoscaris-vitulorum*-Larven im Alter von 1 1/4 Jahren aufgenommen. Diese Larvenart eignete sich besonders gut zur Behandlung mit Tyrodelösung. Aufnahme 21 zeigt das Vorderende einer Larve, bei der beide Scheiden zu sehen sind. Auch hier ist wieder das fadenförmige, zur Mundöffnung ziehende Gebilde zu erkennen. Auf Abb. 22 sind die beiden Scheiden am Hinterende getrennt von einander dargestellt. Während die 1. Scheide auch von der Längsseite des Körpers abgehoben ist, liegt ihm die zweite straff an. Wohl das überzeugendste Bild hinsichtlich dem Auftreten zweier getrennter Scheiden dürfte in Abb. 23 vorliegen. Sowohl am Hinterende als auch entlang der gesamten Innenseite der gekrümmten Larve sind die beiden Scheiden wahrzunehmen. An der konvexen Seite, gegenüber dem Vorderende, sind gleichfalls eine Strecke weit die beiden Scheiden getrennt von einander sichtbar. Am Vorderende ist nur die erste Scheide abgehoben, während sonst an der Außenseite die beiden eng aufeinanderliegen.

Ist diese Aufnahme etwa das Bild, wie es sich dem Betrachter im Mikroskop bietet, so sind in Abb. 24 die Konturen mittels der Photographie stärker hervorgehoben. Auch hier sind wieder die beiden Scheiden am Hinterende und an der Krümmungsinenseite deutlich zu erkennen. Besonders gut ist auf diesem Bild zu sehen, wie die an der Innenseite in Falten gelegten Scheiden beim Übergang auf die Außenseiten sich straffen und dann nur mehr als eine einzige

wahrnehmbar sind. Abb. 25 zeigt ein Exemplar, das seiner ersten Scheide schon beraubt ist. Am Vorder- und Hinterende steht daher die zweite Scheide über. Vorne wieder der kennzeichnende Strang zum Mund. Interessant ist, daß ganz zu Anfang des Larvenstadiums auch mit Tyrodelösung keine erste Häutung sichtbar gemacht werden konnte. Dann trat kurze Zeit nur die erste Scheide, wohl eher als bei in Wasser gehaltenen Larven, zu Tage. Erst wenn die in Wasserkulturen vor sich gehende erste Häutung sichtbar geworden war, konnte man mit Tyrodebehandlung die erwähnte zweite Scheide entdecken. Daß es sich bei der zweiten Scheide nicht um ein Schwellen der Kutikula oder ein Kunstprodukt überhaupt handelte, kann vielleicht dadurch erklärt werden. Es war möglich, das Sichtbarwerden der ersten Häutung mit Tyrode früher als im Wasser zu beobachten. Daß diese erste Häutung kein Kunstprodukt ist, steht außer Zweifel. Warum sollte es nicht möglich sein, auch die zweite Häutung mit diesem Mittel früher sichtbar zu machen?

Zur Definition der Häutung wäre hier folgendes zu sagen: Herkömmlich und nach Angaben in der Literatur (Leuckart 1876 und Schacher 1957) wird als Häutung einer Larve das Sichtbarwerden einer Scheide bei in Wasser gehaltenen Larven bezeichnet. Das wurde auch von mir in dem Kapitel über die Entwicklung im Wasser beschrieben. In Wirklichkeit handelt es sich beim Sichtbarwerden der Scheide bereits um ein Abstoßen dieser, die Häutung verkörpernden Scheide. Nach meinen Beobachtungen muß aber als Häutung das Auftreten der Scheide überhaupt angesehen werden, ungeachtet dessen, ob die Scheide zu diesem Zeitpunkt in Wasserkultur sichtbar ist oder nicht, mit anderen Worten, ob sie schon im Abwerfen begriffen ist oder nicht. Die noch nicht abgestoßene Scheide konnte ich aber mit Tyrode oder der noch zu schildernden 3 %igen Salzsäure-Lösung sichtbar machen, also vorzeitig (künstlich) zum Abwurf bringen.

3. Behandlung der Larven mit 3 %iger Salzsäurelösung

Rein zufällig entdeckte ich bei Verdauungsversuchen die Wirkung von Salzsäure auf die Larven, um die Scheiden sichtbar zu machen. Die Methodik war folgende: Auf einen Objektträger brachte ich einen Tropfen der zu untersuchenden Askaridenkultur. Dazu fügte ich ebenfalls einen Tropfen 3 %ige Salzsäurelösung. Diese Konzentration hat sich bei entsprechenden Voruntersuchungen als hierfür geeignet erwiesen. Darüber legte ich ein Deckgläschen. Unter Kontrolle im Mikroskop preßte ich dann, wie schon beschrieben, die Larven aus den Eischalen heraus. So konnte die HCL-Lösung im Gegensatz zur Tyrode-

Lösung, welche auf die Embryonen im Ei einwirkte, direkt auf die Larven ihre Wirkung ausüben. Die offenen Ränder zwischen Deckgläschen und Objektträger wurden mit Paraffin abgedichtet. Das Präparat wurde in einen Brutschrank mit einer Temperatur von 38°C gebracht. Am nächsten und den darauf folgenden Tagen, - gut eigneten sich der 2. und 3. Tag - konnte man die Häutungsverhältnisse unter dem Mikroskop besonders deutlich sehen.

Nach dieser Methode untersuchte ich Larven von *Ascaris lumbricoides*, *Neosascaris vitulorum*, *Parascaris equorum*, *Toxocara cati* und *Ascaridia galli*. Gleich wie bei Tyrodebehandlung schrumpften die Larven, nur durch die direkte Einwirkung und die stärker wirkende Salzsäure mehr. Es traten hier ebenfalls die zwei Scheiden auf, nur im Vergleich zu der anderen Methode noch früher. Ganz neu jedoch war das Sichtbarwerden eines ganz feinen Häutchens, eine Folge der besseren Salzsäurewirkung. Am deutlichsten konnte man diese Vorgänge an denjenigen Larven studieren, die durch den Auspressungsvorgang irgendwie leicht verletzt worden waren. Die Lösung konnte in diese Exemplare leichter eindringen und somit schneller wirken. Bei den unbeschädigten Larven dauerte dieser Vorgang entsprechend etwas länger.

Bei allen Versuchsreihen wiederholte sich das im folgenden Geschilderte: Ganz zu Anfang des Larvenstadiums, meist nur die ersten paar Tage, konnte man um den Körper des Embryos, der zu dieser Zeit noch sehr empfindlich gegenüber Verletzungen war, nach Behandlung mit dieser Lösung nur ein hauchdünnes Häutchen erkennen, welches vermutlich die Eigenhaut der Larve darstellt. Nach wenigen Tagen schon war es möglich, eine weitere etwas stärkere Scheide wahrzunehmen.

Es handelte sich hierbei um die bei der 1. Häutung auftretende Scheide, wie sie in vorhergehenden Abschnitten schon genauer beschrieben wurde. Zu diesem Zeitpunkt, da man die erste Häutung mit diesem Mittel sichtbar machen konnte, war sie in den Wasserkulturen noch nicht wahrzunehmen. Als nächstes sah man zwei etwa gleich starke Scheiden auftreten, wie das bei der Tyrode-Behandlung geschildert wurde und es auf den Abb. 12-16 und 21-25 zu sehen ist. Um diese Zeit, allenthalben einige Zeit später, wurde die erste Häutung bei in Wasser gehaltenen Larven sichtbar. Ließ man das Mittel mehrere Tage einwirken, so konnte man, wenn die Larven genügend geschrumpft waren, neben diesen beiden Scheiden, dem Körper am nächsten liegend, noch ein sehr feines Häutchen wahrnehmen. Es ähnelte dem weiter oben schon beschriebenen, vor der ersten Häutung sichtbaren, sehr dünnen Häutchen. Es ist anzunehmen, daß es die eigentliche Haut der Larve war. In Abb. 26 und 27 ist

eine mit den beiden Scheiden und dem Eigenhäutchen festgehaltene 24 Tage alte *Neoascaris vitulorum*-Larve zu sehen. Während Aufnahme 26 etwa die Verhältnisse, wie sie sich im Mikroskop darbieten, wiedergibt, sind die Konturen auf Bild 27 mittels der Photographie etwas stärker hervorgehoben. Zunächst ist am Vorderende der Larve die erste Scheide überstehend zu erkennen. Die 1. Häutung ist auch noch verschiedentlich an der Innenseite der Krümmung, bei genauem Hinsehen, zu erkennen. Aber auch das Ende der ersten Scheide ist vorhanden, und zwar hat sie sich am Übergang vom 3. zum 4. Viertel der Larve nach der Bildmitte zu abgebogen. Auf Abb. 27 markieren die beiden während der Aufnahme durch das Bild gezogenen Bakterien etwa das Ende dieser Scheide. Als nächstes ist die um die ganze Larve gehende 2. Scheide zu sehen, welche in unregelmäßigen Abständen eingezogen ist. Innerhalb deren verläuft das gestreckte dünne Eigenhäutchen, welches besonders in der hinteren Hälfte sehr gut zu sehen ist. Es hebt sich deutlich von der geschrumpften, gekörnten Masse des eigentlichen Larvenkörpers ab. Es war außerordentlich schwierig, die beiden Scheiden und das Eigenhäutchen in eine Ebene zu bringen, so daß natürlich nicht alle Teile überall gleich gestochen scharf herauskommen konnten. Am besten konnte man sie sich vor Augen führen, wenn man dauernd mit der Mikrometerschraube spielte. Ich möchte auch noch erwähnen, daß dieses Auftreten von zwei Scheiden und dem Eigenhäutchen kein Einzelbefund war, sondern daß in einem solchen Präparat sehr viele Larven diese Tatsache erkennen ließen. Besonders deutlich waren die erwähnten Verhältnisse auch hier wieder bei *Neoascaris*-Larven zu sehen.

Im einzelnen ergaben sich nachfolgende Resultate. Für *Ascaris lumbricoides*-Larven, konnte die 1. Häutung bei in Wasser gehaltenen Larven nach 16 Tagen festgestellt werden, während bereits 14 Tage vorher, also nach zwei Tagen, diese Häutung nach HCL-Behandlung wahrgenommen wurde. Ein anderes Mal konnte man bei solchen Larven die erste Häutung statt nach 20 Tagen schon nach 10 Tagen sichtbar machen. Zeigten Larven von *Neoascaris vitulorum* nach 7 Tagen die 1. Häutung in Wasserkulturen, so konnte man sie schon am 3. Tag des Larvenstadiums mit Salzsäure nachweisen. Bei anderen Versuchen mit *Neoascaris*-Larven konnte die erste Häutung mit HCL-Behandlung 9 Tage früher wahrgenommen werden. *Parascaris equorum*-Larven ließen mit dieser Methode die erste Scheide schon am nächsten, anstatt wie bei in Wasser gehaltenen Larven erst am 4. Tag erkennen. Bei *Toxocara cati*-Larven wurde anstatt nach 3 Tagen schon am nächsten Tag die erste Scheide sichtbar, wenn sie mit Salzsäure behandelt worden waren. Anders verhielten sich die untersuchten *Ascaridia galli*-Larven. Sie ließen zwar schon am 2. Tag

des Larvenstadiums bei HCL-Behandlung die erste Scheide erkennen, niemals jedoch konnte ich eine erste Häutung in Wasserkulturen beobachten. Interessant war weiterhin, daß sich eine zweite Scheide auch bei noch so langer Einwirkung der Salzsäurelösung auf diese Larven niemals feststellen ließ.

4. Invasionsversuche bei weißen Mäusen

Um die Infektionstüchtigkeit der Askaridenlarven festzustellen, machte ich entsprechende Untersuchungen an weißen Mäusen. Die hierfür verwendete Methode war in Anlehnung an Sprent (1956) folgende: Von der zu untersuchenden Askaridenart zählte ich zunächst die in einem Tropfen der Wasserkultur enthaltenen embryonierten Eier aus. Dann bereitete ich einen kleinen Mehlbrei, in welchen so viele Tropfen verarbeitet wurden als ich ungefähr Eier darin wünschte. Dieser Brei wurde in einen leeren Behälter gestellt und eine Maus so lange darin belassen, bis sie alles aufgefressen hatte. Diese vorher markierte Maus wurde nach 24 Stunden seziert. Zu diesem Zeitpunkt befanden sich schon Larven in der Leber. Nun wurden die einzelnen Teile künstlich verdaut. Dazu machte ich zunächst einige Vorversuche, um die Konzentration der Salzsäure zu finden, bei welcher die Gewebe gut verdaut, die Larven aber möglichst nicht angegriffen wurden. Als solche erwies sich eine 0,15 %ige Salzsäurelösung. Dazu wurde noch pro Maus 1 g Pepsin beigelegt. Die einzelnen Organe gab ich samt der Salzsäure-Pepsin-Mischung in Reagenzgläschen, die mit einem Zellstoffstopfen verschlossen wurden. Die Gläser verbrachte ich in einen Brutschrank, der eine Temperatur von 38°C hatte. Es wurden Leber, Lunge, Muskulatur, Eingeweide und Herz, Milz und Nieren getrennt künstlich verdaut. Bei der Sektion untersuchte ich jeweils eine Probe von Blut, Magen-, Dünndarm-, Blinddarm- und Dickdarminhalt mikroskopisch. Nach 24 Stunden war gewöhnlich die Leber verdaut. Mit einer Pipette entnahm ich das flüssige Material dem Reagenzglas und brachte es in dünner Schicht zwischen zwei Objektträger. Darauf musterte ich das Präparat genau durch. Zu diesem Zeitpunkt waren Lunge und Herz-Milz-Nieren nur teilweise verdaut, während Muskulatur und Eingeweide bloß schwach angegriffen waren. Am 2. Tag waren dann auch Herz-Milz-Nieren soweit, daß ich sie untersuchen konnte. Am 3. Tag endlich waren Muskulatur und Eingeweide der genauen Beobachtung zugänglich. Außer der Leber untersuchte ich von den anderen Gewebeverdauungen nur Stichproben, da es mir ausschließlich darauf ankam, die Invasionsfähigkeit der Larven überhaupt festzustellen.

Invasionsversuche bei weißen Mäusen stellte ich an, um untersuchen zu können, in welchem Häutungsstadium die Larven das Intestinum zu passieren imstande waren, mit anderen Worten, wann die Larven invasionstüchtig waren. Auf Grund der Angaben in der Literatur war dies nach vollendeter 1. Häutung der Fall. Ich hatte nun die Absicht, festzustellen, beim Auftreten welcher der mit Tyrode oder Salzsäurelösung sichtbar gemachten Scheiden die Invasionsfähigkeit eingetreten war. Da ich mit den erwähnten Mitteln die 1. Scheide, somit die 1. Häutung, eher sichtbar machen konnte als das in Wasserkulturen geschah, erhob sich die Frage, ob nicht die Invasion gleichfalls früher vonstatten gehen könne.

Die Untersuchungen wurden an Larven verschiedenen Alters von folgenden Arten ausgeführt: *Ascaris lumbricoides*, *Neoascaris vitulorum*, *Parascaris equorum* und *Toxocara cati*. Zunächst verfütterte ich 5 und 6 Tage alte *Ascaris-lumbricoides*-Larven an zwei Mäuse. Diese Larven zeigten, in Wasser gehalten, noch keine Häutung. Bei Salzsäurebehandlung ließen sich die erste Scheide sowie das dünne Eigenhäutchen bereits erkennen, es handelte sich also um Larvenstadien II. Das Verdauungsergebnis war, daß diese Larven keine Wanderung durchgeführt hatten, somit in keinem Gewebe festgestellt werden konnten (Tab. 3). Daraufhin infizierte ich eine Maus mit 16 Tage alten Larven, die vor 3 Tagen ihre in Wasserkultur sichtbare 1. Häutung gezeigt hatten. Sowohl mit Tyrode als auch mit Salzsäurebehandlung konnte ich zu diesem Zeitpunkt neben der ersten auch die zweite Scheide sichtbar machen. Die Untersuchung des Verdauungsergebnis ergab, daß Larven in die Leber eingewandert waren (Tab. 3). In anderen Organen konnte ich bei Stichproben keine Larven feststellen.

Als nächstes versuchte ich die Invasion mit 3 Tage alten *Parascaris equorum*-Larven, die in Wasserkultur noch keine Häutung erkennen ließen, während mit Salzsäurebehandlung die erste Scheide sichtbar wurde. Die künstliche Verdauung ergab keine Wanderung der Larven. Darauf gab ich einer anderen Maus 48 Tage alte Larven, welche vor 44 Tagen in Wasser die 1. Häutung zeigten, obwohl schon beide Scheiden vorhanden waren, also die 2. Häutung schon vonstatten gegangen war. Bei der Verdauung beobachtete ich dann eine Wanderung der Larven in die Leber der Maus (Tab. 3). Die anderen Teile waren auch hier ohne Befund.

Einem Versuchstier einverleibte 3 Tage alte *Neoascaris vitulorum*-Larven, die in Wasser noch keine Häutung gezeigt hatten, ließen diese jedoch bei Salzsäurebehandlung schon erkennen. Eine Larvenwanderung konnte ich nach der Verdauung nicht feststellen. Anders war das Ergebnis bei 18 Tage alten Lar-

ven, die ihre erste Häutung im Wasser vor 11 Tagen gezeigt hatten, bei denen aber mit Salzsäure beide Scheiden sichtbar gemacht werden konnten. Nach der Verdauung ergab sich eine Larvenwanderung (Tab. 3). Mit Ausnahme der Leber waren alle anderen Organproben ohne Befund.

Tabelle 3

	Ascaris lumbricoid.	Neoascar. vitulor	Parascar. equorum	Toxocara cati
Alter der verfüt- terten Larven in Tagen	5 6 16	3 18	3 48	3 6
Vollz. Häutung	1. 1. 2.	1. 2.	1. 2.	1. 2.
Häutung i. Wasser sichtbar	- - -	- 1.	- 1.	- 1.
1. Htg. vor Tagen in Wasser sicht- bar	- - 3	- 11	- 44	- 3
Verfütterte Eier circa	9000	12000	3000	12000
Lungenwanderung d. Larven i. d. Maus	- - +	- +	- +	- +
Zahl d. Larven i. d. Leber	- - 132	- 91	- 45	- 246

Ergebnisse bei Invasionsversuchen mit Askaridenlarven
verschiedener Stadien bei weißen Mäusen.

3 Tage alte Larven von *Toxocara cati*, welche noch keine Häutung in Wasserkultur erkennen ließen, aber bei HCL-Behandlung die erste Scheide zeigten, unternahmen ebenfalls noch keine Wanderung, wie das Verdauungsergebnis bewies. Infizierte ich aber eine Maus mit 6 Tage alten Larven, welche vor 3 Tagen ihre erste Scheide im Wasser zeigten, so ergab sich eine **Larvenwanderung** nach der Verdauung (Tab. 3). Mit Salzsäure behandelt, hatten auch diese Larven eine erste und zweite Scheide gezeigt. Hierbei erwies sich nicht nur die Leber, sondern in geringem Umfang auch die Lunge invadiert. Diese Tatsache ist wohl gleich wie die höhere Befallziffer (Tab. 3) darauf zurückzuführen, daß diese Maus nach der Tötung nicht entblutet wurde. Somit war das Blut noch in den Lebergefaßen und die in der Lunge gefundenen Larven befanden sich vermutlich im dort vorhandenen Blut.

Diese Versuche ergaben, daß die Voraussetzung für die Invasionsfähigkeit der Larven zwei Häutungen sind. Hatte es auch bei in Wasser gehaltenen Larven den Anschein, als ob die Larvenstadien II, also nach der 1. Häutung, infektiönstüchtig seien, so konnte mit Tyrode- und Salzsäurebehandlung gezeigt werden, daß es sich in Wirklichkeit, nach der Definition über die Häutung, um Larven im III. Stadium handelte. Zu dem Zeitpunkt, da bei in Wasser gehaltenen Larven die erste Scheide sichtbar wurde, war aber daneben schon die zweite Scheide vorhanden. Deswegen ist wohl die Feststellung, daß beim Sichtbarwerden der ersten Scheide in Wasserkulturen die Larve invasionsfähig sei, nicht falsch, denn es handelt sich dann bereits um die Larvenstadien III. Andererseits konnte mit den Spezialmethoden nachgewiesen werden, daß die Larvenstadien II, die bei in Wasser gehaltenen Larven zu diesem Zeitpunkt nicht **erkenntlich** waren, keine Körperwanderung durchführten. Sie waren also noch nicht invasionsfähig.

IV. BESPRECHUNG DER ERGEBNISSE

Die eigenen Versuche bestätigten die Angaben in der Literatur, daß die Entwicklung von *Ascaris lumbricoides*, *Neoascaris vitulorum*, *Parascaris equorum*, *Toxocara canis* und *cati*, sowie *Ascaridia galli* wesentlich von der Temperatur abhängig ist. In Wasser entwickelten sich bei einer Temperatur von 30°C aus den Eiern von *Parascaris equorum* schon nach 3-5 Tagen die Larven, was mit Angaben von Baudet (1925) übereinstimmt. Bei einer durchschnittlichen Zimmertemperatur von 20°C waren dazu 7-15 Tage nötig. Bei *Toxocara canis* und *cati* dauerte dieser Vorgang bei 30°C 7 bzw. 9 Tage. Schacher (1957) gibt für *Toxocara canis* hierfür 5 Tage an. Für 20°C lagen die Entwicklungszeiten bei 7-15 bzw. 15 Tagen. Als nächste Art folgten *Ascaridia galli*-Larven mit 6-14 Tagen Entwicklungsdauer bei 30°C, und mit 15 Tagen bei 20°C. Das stimmt mit Angaben von Fiebiger (1947) und Schmid-Hieronymi (1955) überein. *Neoascaris vitulorum* und *Ascaris lumbricoides* benötigten bei 30°C für diese Phasen 3-14 bzw. 9-21 Tage, während sie bei Zimmertemperatur hierfür 21-25 bzw. 18-27 Tage brauchen. Neumann und Mayer (1914) geben für *Ascaris lumbricoides* eine Entwicklungszeit von 20-40 Tagen an.

Als kleinste Larven entwickeln sich die von *Ascaridia galli* mit einer durchschnittlichen Länge von 225 μ und diejenigen von *Toxocara canis* mit einer mittleren Länge von 250 μ . Nichols (1956/1) und Schacher (1957) geben im Gegensatz dazu für *Toxocara canis* eine Larvenlänge von 410 μ an. Eine Größe von 310 μ im Durchschnitt hatten *Ascaris lumbricoides*-Larven, während *Parascaris equorum*-Larven eine solche von 325 μ aufwiesen. Als größte Askaridenlarven präsentierten sich die von *Neoascaris vitulorum* mit einer Länge von durchschnittlich 440 μ und diejenigen von *Toxocara cati* mit 460 μ . Bezüglich den von Nichols (1956/1) und Sprent (1956) angegebenen Maßen von etwa 400 μ für *Toxocara cati* ergibt sich gleichfalls eine Differenz.

Vom Auftreten des Larvenstadiums bis zum Abstoßen der ersten Scheide, d. h. bis zum Sichtbarwerden der 1. Häutung, bei in Wasser gezüchteten Larven benötigten die Askaridenarten folgende Zeiten bei Gegenüberstellung der Entwicklungstemperaturen von 30°C bzw. 20°C: *Toxocara canis* und *cati* 2-3 und 3 Tage bzw. 8-9 und 10 Tage, *Parascaris equorum* 4-7 bzw. 10-14 Tage, *Neoascaris vitulorum* 3-7 bzw. 12-20 Tage und *Ascaris lumbricoides* 8-18 bzw. 12-20 Tage. Diese Angaben stimmen mit Schacher (1957) für *Toxocara canis* überein, während Ransom und Forster (1920) und Belding (1936) ähn-

liche Zahlen als frühesten Zeitpunkt der 1. Häutung für *Ascaris lumbricoides* angeben.

Wie man daraus ersehen kann, ging die Entwicklung in den beiden erwähnten Abschnitten bei 30°C wesentlich schneller vonstatten als dies bei 20°C der Fall war. Die Temperatur um 30°C schien eine besonders günstige für die Entwicklung der Ascaridenlarven zu sein. Bei 40°C gehaltene Eier wurden zerstört, während bei einer Temperatur von 20°C die Entwicklung stagnierte. Daß auch die Dichte und die Sauerstoffversorgung eine gewisse Rolle hinsichtlich der Entwicklungsdauer spielte, wurde schon erwähnt. Des weiteren konnte ich bei in Wasser entwickelten Larven, übereinstimmend mit den Angaben von Leuckart (1876), Cobbold (1882), Lapage (1956), Nichols (1956/1 und 2), Moran und Mizelle (1957) sowie Schacher (1957) nur eine Scheide und somit nur eine Häutung während der präparasitischen Phase innerhalb der Eischale beobachten. Bei *Ascaridia galli*-Larven konnte eine Häutung innerhalb des Eis nicht festgestellt werden.

Wurden die aus Wasserkulturen entnommenen im Ei befindlichen Ascaridenlarven etwa 5 Tage bei 38°C in Tyrodelösung verbracht, so war, nach dem Auspressen der Larven, neben der ersten Scheide noch eine zweite sichtbar geworden. Es erhob sich die Frage, ob diese zweite Scheide diejenige war, welche die 2. Häutung darstellt. Von Schacher (1957) war diese, allerdings dort nur selten auftretende Tatsache als ein Kunstprodukt oder ein Schwellen der Kutikula erklärt worden. Eine andere Beobachtung bei Versuchen mit dieser Methode ergab, daß man die 1. Häutung schon früher als bei in Wasser gehaltenen Larven, durch vorzeitiges Abheben der Scheide sichtbar machen konnte. Dieses Ergebnis führte zu der Vermutung, daß es sich bei der 2. Scheide um die ebenfalls eher sichtbar gemachte 2. Häutung gehandelt haben muß. Außerdem wurde die, vorzeitig abgehobene, zweite Scheide immer erst dann wahrgenommen, wenn bei im Wasser befindlichen Larven die im Abwurf begriffene erste Scheide sichtbar wurde.

Waren dieselben aus Wasser entnommenen Ascaridenlarven, nach dem Auspressen aus der Eischale, bei 38°C etwa 3 Tage in eine 3 %ige Salzsäurelösung verbracht worden, so war neben den zwei beschriebenen Scheiden noch ein feines Häutchen zu beobachten. Meiner Meinung nach handelte es sich bei diesem sehr feinen Häutchen um die Eigenhaut der Larve. Mit dieser Methode war es auch möglich, die erste und zweite Scheide noch früher als mit Tyrode sichtbar zu machen. Bei dieser Behandlung der Larven traten immer wieder der Reihe nach folgende Verhältnisse zu Tage. Zu Anfang des Lar-

venstadiums wurde das schon erwähnte dünne Eigenhäutchen festgestellt. Später trat dann die erste, vorzeitig abgehobene Scheide (Feststellung der erfolgten 1. Häutung) neben der feinen Eigenhaut auf. Danach konnte neben der ersten auch die, gleichfalls früher abgestoßene zweite Scheide in Gegenwart des Eigenhäutchens wahrgenommen werden. Gleichfalls konnte bei dieser Methode die zweite Scheide erst sichtbar gemacht werden, wenn bei in Wasser gehaltenen Larven das Sichtbarwerden der ersten Häutung kurz bevorstand oder gerade eingetreten war. Durch das Sichtbarwerden der Eigenhaut der Larve, wurde die Annahme gestützt, daß es sich bei der zweiten Scheide um die Sichtbarmachung der zweiten Häutung handelte. Meiner Meinung nach war die zweite Scheide nicht ein Kunstprodukt hinsichtlich der Scheide und somit der zweiten Häutung als solcher, wie dies Schacher (1957), als er diese Tatsache vereinzelt bei *Toxocara canis*-Larven beobachtete, annahm, sondern ein vorzeitiges (künstliches) Abstoßen der schon vorhandenen Scheide, also ein Sichtbarmachen der schon stattgehabten 2. Häutung.

Beim Vergleich der verschiedenen Methoden zur Sichtbarmachung der Häutungsverhältnisse kann folgendes festgestellt werden: Mit der, den natürlichen Bedingungen entsprechenden Wasserbehandlung (Haltung der embryonierten Eier im Wasser) war es nur möglich, die 1. Häutung, somit die erste Scheide allein wahrzunehmen. Waren die embryonierten Eier dagegen mit Tyrodelösung behandelt worden, so gelang es, die erste und zweite Scheide, also die 1. und 2. Häutung, zu beobachten. An den mit Salzsäure präparierten Exemplaren schließlich konnte neben diesen beiden Scheiden auch das Eigenhäutchen festgestellt werden.

Meine Beobachtungen bei Invasionsversuchen an weißen Mäusen ergaben, daß die Larven erst nach dem Auftreten der 2. Häutung eine Körperwanderung durchführten, also infektionstüchtig waren. War jedoch noch keine Häutung vonstatten gegangen, oder nur die erste Scheide, somit die erste Häutung, aufgetreten, so fand keine Larvenwanderung statt. Diese Feststellung deckt sich nicht mit den Angaben von Cobbold (1882), Ransom und Forster (1920), Belding (1936), Lapage (1956) und Sprent (1956), welche nur eine 1. Häutung im Ei für die Infektionsfähigkeit der Larve für notwendig halten. Gleichfalls haben Autoren wie Nichols (1956/1 und 2), Sprent (1956 und 58) und Schacher (1957) die Larvenstadien und die Häutungen immer nur nach den morphologischen Veränderungen der Larven im Laufe ihrer Entwicklung deklariert, obwohl sie, mit Ausnahme der 1. Häutung, die Scheiden nie sahen. Die von Nichols (1956/1 und 2) als II. Stadiumslarven erklärten invasionsfähigen Larven hatten wohl nur eine Häutung

in Wasser gezeigt. Mit der Tyrode- oder Salzsäurelösung konnte ich aber zu dieser Zeit zwei Scheiden nachweisen. Also müßte es sich um Larven im III. Stadium handeln. Das würde auch mit Angaben von Mozgovoi (zit. Schacher 1957) übereinstimmen. Engelhard und Henigst (1953) hingegen glauben, daß die im Magen-Darmkanal freiwerdenden Larven im Stadium der 2. Häutung befindlich sind.

Es muß festgestellt werden, daß praktisch alle bisherigen Beobachtungen bei in Wasser gehaltenen Larven gemacht wurden. Ich konnte bei Larven aus Wasserkulturen die Invasionsfähigkeit ebenfalls mit dem Zeitpunkt zusammenfallen sehen, bei dem die erste Scheide in der Eischale sichtbar wurde. Nach der erfolgten Definition über die Häutung ist dieses Sichtbarwerden einer Häutung aber schon das Abstoßen der bei der Häutung auftretenden Scheide. Dies ändert aber nichts an der Tatsache, daß beim Sichtbarwerden der ersten Scheide von in Wasser gehaltenen Larven (was allgemein als 1. Häutung angesehen wird) diese invasionstüchtig sind. Mit anderen Worten, beim Sichtbarwerden der ersten Scheide bei in Wasser gehaltenen Larven ist bereits schon die zweite Scheide vorhanden, entsprechend hat die 1. Häutung schon stattgefunden, bevor sie bei in Wasser gehaltenen Larven gesehen werden kann.

V. ZUSAMMENFASSUNG

1. Es wurden die Häutungen bei Larven von *Ascaris lumbricoides*, *Neoascaris vitulorum*, *Parascaris equorum*, *Toxocara canis* und *Toxocara cati* während der präparasitischen Phase untersucht.
2. Durch Behandlung der embryonierten Eier sowie der Larven selbst mit Tyrode und 3 %iger Salzsäurelösung konnte die zweite Scheide bei allen untersuchten Askaridenarten wahrgenommen werden.
3. Es wurde festgestellt, daß die zweite Scheide etwa um die Zeit auftritt, da die erste Scheide (1. Häutung) bei in Wasser gehaltenen Larven sichtbar ist.
4. Wie Untersuchungen an weißen Mäusen ergaben, sind die Larven erst nach dem Auftreten der zweiten Scheide invasionsfähig.
5. Aus diesen Beobachtungen muß geschlossen werden, daß die Askaridenlarven während ihrer Entwicklung im Freien in der Eischale die 1. und 2. Häutung durchführen und danach infektionstüchtig sind.

VI. LITERATURVERZEICHNIS

- Ackert, J.E. The morphology and life history of the fowl
nematode *Ascaridia lineata* (Schränk)
Parasitology 23, 360 (1931)
- Baudet, E.A. Eine praktische Methode für die Entwicklung von
Ascaris-Larven. Tijdschr. voor Diergeneesk 51,
592-596 (1925)
- Belding, D.L. Textbook of Clinical Parasitology.
D. Appleton & Century Company New York and
London, 2nd Edition (1936)
- Bergstermann, H.; Mendheim, H.; Scheid, G.
Die parasitischen Würmer des Menschen in
Europa. Ferdinand Enke Verlag Stuttgart (1951)
- Borchert, A. Endoparasiten des Geflügels, Merkblatt Nr. 12.
Merkblätter für die hauptsächlichsten Parasiten und
Parasitengruppen. S. Hirzel Verlag Leipzig (1952)
- Borchert, A. Lehrbuch der Parasitologie für Tierärzte.
S. Hirzel Verlag Leipzig 2. Aufl. (1958)
- Cobbold, T.S. Human Parasites, a manual of reference to all
known species of Entozoa and Ectozoa.
Longmans, Green and Co. London (1882)
- Craig, C.F.; Faust, E.C.
Clinical Parasitology. Lea and Febinger Phila-
delphia, 6th Edition (1957)
- Das, K.M.; Lingh, G.B.
Calves ascarians in India. A mince years survey
with special reference to "hetrazan" Brit. Vet. J.
111, 342-347 (1955) (ref. Vet. Bulletin 26, 217
(1956))
- Engelhard, W.; Hennigst, W.
Parasiten des Menschen.
Francksche Verlagsbuchhandlung Stuttgart (1953)

- Feuwick, D.W. Some experiments on the extracorporal hatching of the eggs of *Ascaris suum*.
J. of Helminth. 17, 69-82 (1939)
- Fiebiger, J. Die tierischen Parasiten der Haus- und Nutztiere sowie des Menschen.
Verlag Urban & Schwarzenberg Wien, 4. Aufl. (1947)
- Fülleborn, F. Über die Wanderung von *Ascaris*- und anderen Nematodenlarven im Körper und intrauterine *Ascaris*infektion.
Archiv für Schiffs- und Tropenhygiene 25, 413-420 (1921)
- Fülleborn, F. Über das Verhalten von Larven der *Strongyloides stercoralis*, Hakenwürmer und *Ascaris lumbricoides* im Körper des Wirtes und ein Versuch, es biologisch zu deuten.
Archiv für Schiffs- und Tropenhygiene 31, Beiheft 2 (1927)
- Frei, W. Allgemeine Pathologie.
Paul Parey Verlag Berlin-Hamburg, 4. Aufl. (1955)
- Frenzen, K. Beitrag zur Morphologie und Synonymie von *Ascaridia galli* (Schränk 1788). I. Mitteilung.
Z.f. Parasitenkunde 17, 93-105 (1955)
- Gradwohl, R.B.; Kouri, P. Clinical Laboratory Methods and Diagnosis.
Volume III.
Parasitology and Tropical Medicine.
The C. V. Mosby Company St. Louis 4th Edition (1948)
- Grzimek, B. Krankes Geflügel. Bearbeitet von Gylstorff-Sassenhof. Verlag Fritz Pfennigstorff Stuttgart-Berlin, 7. Auflage (1957)
- Hartig, H. Kann der *Ascaris* die gesunde Darmwand durchbohren?
Diss. Freiburg (1939)

- Herlich, R. On the migratory behaviour of the larvae of *Neoascaris vitulorum* in the white mice.
Proc. Helm. Soc. Wash. 20, 124-126 (1953)
(Ref. Vet. Bulletin 24, 25 (1954))
- Hutyra, F.; Marek, J.
 Spezielle Pathologie und Therapie der Haustiere.
Verlag Gustav Fischer Jena, Band II, 10. Auflage
(1955)
- Lapage, G. Veterinary Parasitology.
Oliver and Boyd Edinburgh and London (1956)
- Leuckart, K.G. Die menschlichen Parasiten und die von ihnen
 herrührenden Krankheiten.
Band II. C.F. Wintersche Verlagshandlung,
Leipzig (1876)
- Mackie, T.T.; Hunter, G.W.; Worth, C.B.
 A Manual of Tropical Medicine.
W.B. Saunders Company, Philadelphia and London,
(1946)
- Matoff, K.; Wassileff, I.
 Über die Biologie von *Toxascaris leonina* (Linstow
1902).
Zeitschr. f. Parasitenkunde 18, 271-291 (1958)
- Moran, J.F.; Mizelle, J.D.
 Studies on *Ascaridia galle* (Schränk 1758).
Amerik. Midland Naturalist 58, 170-181 (1957)
(ref. Ber. ü. d. wiss. Biol. 123, 247 (1958))
- Neumann, R.O.; Mayer, M.
 Atlas und Lehrbuch wichtiger tierischer Parasiten
und ihrer Überträger.
J.F. Lehmanns Verlag München (1914)
- Nichols, R.L. The etiology of visceral larva migrans.
I. Diagnostic morphology of infective second-stage
Toxocara larvae.
J. of Parasitology 42, 349-362 (1956)

- Nichols, R.L. The etiology of visceral larva migrans.
II. Comparative larval morphology of *Ascaris lumbricoides*, *Necator americanus*, *Strongyloides stercoralis* and *Ancylostoma caninum*.
J. of Parasitology 42, 363-399 (1956)
- O' Connor, G.R. Morphological and environmental studies on the hatching of Ascarid eggs in vitro.
J. of Parasitology 37, 179-182 (1951)
- Piekarski, G. Lehrbuch der Parasitologie unter besonderer Berücksichtigung der Parasiten des Menschen.
Springer Verlag Berlin-Göttingen-Heidelberg (1954)
- Ransom, B.H.; Cram, E.B.
The course of migration of *Ascaris* larvae.
Am. J. Trop. Med. 1, 129-159 (1921)
- Ransom, B.H.; Forster, W.D.
Observations of the life history of *Ascaris lumbricoides*.
U. S. Dept. Ag. Bull. 817 (1920)
- Reichenow, E.; Vogel, H.; Weyer, F.
Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere.
J. A. Barth Verlag Leipzig. 3. Aufl. (1952)
- Roberts, F.S.H. The large roundworm of pigs, *Ascaris lumbricoides* L., 1758, its life history in Queensland, economic importance and control.
Bull (1) Animal Health Station Yeerongpilly
Sept. 81 PP. (1934)
- Schacher, J.F. A contribution of the life history and larval morphology of *Toxocara canis*.
J. of Parasitology 43, 599-612 (1957)
- Schmid, F.; Hieronymi, E.
Die parasitären Krankheiten der Haustiere.
Paul Parey Verlag. Berlin-Hamburg
6. Auflage (1955)

- Sprehn, K.E. Lehrbuch der Helminthologie.
Verlag Gebr. Bornträger Berlin (1932)
- Sprent, J.F.A. On the migratory behaviour of the larvae of various
Ascaris species in the white mice.
J. Infect. Dis. 90, 165-176 (1952)
(ref. Vet. Bull. 22, 475) (1952)
- Sprent, J.F.A. ✓ On the life history of *Ascaris devosi* and its
development in the white mouse and the domestic
ferret.
Parasitology 42, 244-258 (1953)
- Sprent, J.F.A. The life cycles of nematods in the family
Ascarididae Blanchardi 1896.
J. of Parasitology 40, 608-617 (1954)
- Sprent, J.F.A. The life history of *Toxascaris leonina* in the cat.
J. of Parasitology 41, Suppl. 39-40 (1955)
- Sprent, J.F.A. The life history and development of *Toxocara*
cati (Schrank 1788) in the domestic cat.
Parasitology 46, 54-78 (1956)
- Sprent, J.F.A. Observations on the development of *Toxocara*
canis (Werner 1782) in the dog. Parasitology 43,
184-209 (1958)
- Sprent, J.F.A. The life history of *Toxascaris leonina* (von Linstow
1902) in the dog and cat.
J. of Parasitology 44, Suppl. Section 2, 27 (1958)
- Strong, R.P. Stitt's Diagnosis, Prevention and Treatment of
Tropical Diseases. II. Vol.
The Blackiston Company Philadelphia
7th Edition (1945)
- Tugwell, R.; Ackert, E.J. On the tissue phase of the life cycle of the fowl
nematode *Ascaridia galli* (Schrank).
J. of Parasitology 38, 277-288 (1952)
- Webster, G.A. A preliminary report on the biology of *Toxocara*
canis (Werner 1782).
J. Zool. 34, 725-726 (1956)
(ref. Ber. ü. d. wiss. Biol. 113 (1957))

- Wetzel, R.; Enigk, K.
Die Entwicklungsdauer der Pferdespulwürmer
(*Parascaris equorum*) im Esel.
D. T. Wochenschr. 52, 806-807 (1938)
- Wright, W. H. Observations on the life history of *Toxascaris leonina*
(Nematoda: Ascaridae).
Proc. Helm. Soc. Wash. 2, 56 (1935)
- Yutuc, L. M. Prenatal infections of dogs with ascarids
Toxocara canis, hookworms and *Ancylostoma*
caninum.
J. of Parasitology 35, 358-360 (1949)
- Yutuc, L. M. The incidence and prepatent period of *Ancylostoma*
caninum and *Toxocara canis* in prenatally infected
puppies.
J. of Parasitology 40, 18-19 (1954)

Für die Überlassung des Themas sowie für die
freundliche Unterstützung möchte ich
Herrn Professor Dr. H. Liebmann an dieser
Stelle meinen ergebenen Dank aussprechen.

Lebenslauf

Am 10. Oktober 1933 wurde ich als Sohn des Landw. Rats Dr. Georg Henner und seiner Ehefrau Margarete, geb. Pietsch, in Hainichen (Sachsen) geboren. Von 1940 bis 1944 besuchte ich die Volksschulen in München, Frankfurt/Main, Burghausen (Obb.) und Hutten/Kr. Schlüchtern (Hessen). Anschließend besuchte ich von 1944 bis 1953, mit Unterbrechung nach Kriegsende, die Gymnasien in Schlüchtern und München. 1953 legte ich am Alten Realgymnasium in München die Reifeprüfung ab.

Von 1953 bis 1958 führte ich mein Studium an der Tierärztlichen Fakultät der Universität München durch. Im Sommer 1958 beschloß ich meine Ausbildung mit dem Staatsexamen.

